

Le régime alimentaire des Amphibiens : méthodes d'étude

Pierre JOLY

Laboratoire de Biologie animale et Ecologie,
UA CNRS 367 Ecologie des Eaux douces,
Université Claude Bernard Lyon 1,
69622 Villeurbanne, Cédex,
France

For the ecologist, it is important to preserve the studied populations. The stomach-flushing method provides the stomach content without killing the animal and thus allows the researcher to know the amphibian diet without destroying the natural populations. After a review of the literature, the paper gives a detailed description of an equipment which has been extensively tested in the field for stomach flushing of urodeles and anurans. Such an equipment can be adapted to particular situations, like those involving a long walk. Advices are given for prey fixation and determination.

INTRODUCTION

Le régime alimentaire d'une espèce dans un milieu donné est un paramètre souvent indispensable pour la compréhension de la dynamique de la population concernée. La méthode la plus ancienne d'obtention des données consiste à sacrifier les animaux et à recueillir le contenu du tube digestif par dissection. L'avantage de cette méthode est de permettre une lecture directe du taux de remplissage de l'estomac. Mais elle présente par contre un inconvénient majeur d'ordre méthodologique : la progression récente des connaissances amène le chercheur à travailler de plus en plus à l'échelle des groupes fonctionnels de reproduction (dèmes) ou au niveau des individus. Chez les amphibiens, dans de nombreux cas, ces groupes ne comptent que quelques dizaines ou centaines d'individus. Tout prélèvement important peut alors entraîner rapidement des modifications profondes de la structure du groupe, voire la disparition de celui-ci.

Depuis une cinquantaine d'années ont été développées des méthodes non destructrices d'analyse du régime alimentaire dans plusieurs groupes zoologiques. On peut les classer selon trois types :

(1) Méthodes d'observation directe de l'animal en train de chercher sa nourriture ou pendant le transport d'une proie ; ce sont essentiellement des travaux sur les mammifères de grande taille (lion : SCHALLER, 1972) ou sur des oiseaux chassant en milieu découvert (chevalier gambette : GOSS-CUSTARD, 1977) ou photographiés au moment du retour au nid (mésange charbonnière : ROYAMA, 1970).

(2) Méthodes d'analyse des rejections orales ou anales : examen des pelotes de réjection des rapaces (LIBOIS, 1984) ou de sacs péritrophiques de larves de libellules (CHOVET, 1976).

(3) Méthodes de lavage gastrique : elles ont surtout été développées chez les poissons (ROBERTSON, 1945 ; SEABURG, 1957 ; GAUDIN, MARTIN & CAILLÈRE, 1981).

Les deux premières méthodes ne permettent pas de définir correctement le régime alimentaire chez les amphibiens. L'observation directe est difficile car la plupart des espèces sont nocturnes, ou chassent sous terre ou dans l'eau. On n'observe jamais de transport de proie. L'examen des excréments révèle la présence de certaines parties sclérifiées des proies (pièces buccales, griffes, capsules céphaliques, élytres) mais ne rend pas compte de l'ingestion de plathelminthes, annélides ou mollusques.

Le lavage de l'estomac ne présente par contre aucune difficulté majeure et a déjà été pratiqué par divers auteurs tant chez les Urodèles (FRASER, 1976 ; CHACORNAC & JOLY, 1985 ; GRIFFITHS, 1986), que chez les Anoures (LEGLER & SULLIVAN, 1979 ; OPATNRY, 1980 ; GITTINS, 1987). La cavité buccale et l'estomac ne forment pas entre eux de coude, ce qui permet le passage aisé d'un tube, même rigide. A la différence de nombreux poissons Cyprinidés, les amphibiens n'ont pas de dents pharyngiennes qui peuvent s'opposer au passage d'un tube (exemple du goujon : CASTRO, 1986). Enfin le cardia n'oppose pas de résistance à l'injection d'eau.

Le but de cet article est de présenter une revue des méthodes et du matériel utilisé, accompagnée de critiques et de conseils.

LE VIDANGEUR

Il se compose de trois parties :

- (1) un réservoir de mise en pression de l'eau;
- (2) un injecteur;
- (3) un dispositif récepteur du contenu de l'estomac.

Le réservoir de mise en pression peut être une simple seringue (OPATNRY, 1980 ; GRIFFITHS, 1986), dont le faible encombrement facilite le transport sur le terrain. Un réservoir plus volumineux permet des manipulations plus sûres dans de meilleures conditions, en particulier pour les animaux de grande taille, ou bien lorsqu'on souhaite limiter la durée des manipulations (la digestion progresse chez les animaux que l'on a capturés et qui attendent d'être traités). Lorsque la situation du lieu de travail n'implique pas un long trajet à pied, j'utilise un pulvérisateur pour horticulture d'une capacité de 5 litres. Une pompe manuelle et une valve permettent d'ajuster la pression de façon à obtenir à la sortie de l'injecteur un débit qui ne doit pas dépasser 4 ml/s, sous peine de provoquer une déchirure de la paroi stomacale. La poignée de la lance fixée sur une planchette constitue une pédale qui permet de contrôler avec le pied d'injection d'eau et d'avoir les mains libres pour la manipulation des animaux. Pour un travail dans les Alpes qui nécessitait un long portage, nous avons utilisé pour gagner en encombrement et en légèreté un réservoir de polypropylène souple de 200 ml. Deux valves anti-retour sont alors nécessaires pour éviter le reflux dans l'appareil lors de la décompression (voir fig. 1).

Une aiguille de seringue prolongée d'un cathéter ou un trocard dont l'extrémité est en bourrelet (pour ne pas léser les organes) sont suffisants. Je préfère la deuxième solution car

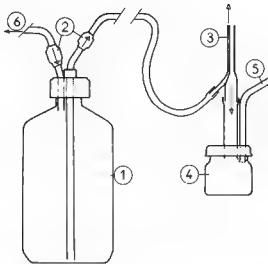


Fig. 1. Schéma d'un dispositif léger de vidange gastrique : (1) réservoir de polypropylène souple de 200 ml ; (2) valves anti-retour ; (3) embout injecteur de laiton à deux conduits ; (4) pilulier récepteur ; (5) cheminée d'évacuation avec filtre ; (6) réserve d'eau. D'après CHACORNAC & JOLY (1985).

la rigidité du trocard permet un meilleur contrôle du mouvement et d'éviter de pénétrer le poumon. Ce type d'injecteur est irremplaçable pour les animaux de petite taille (*Triturus helveticus*, *T. italicus*, *T. vulgaris*). La réception du contenu de l'estomac se fait dans une boîte de Petri ou sur un petit tamis (maille 0,5 mm) qui retient les proies. Le contenu est ensuite transvasé dans un pilulier, éventuellement à l'aide d'un pinceau à gouache.

Avec des animaux de plus grande taille, j'ai utilisé un injecteur qui assure en même temps la réception du contenu stomacal dans un pilulier, ce qui diminue les manipulations. Ce système dérive de celui décrit par SEABURG (1957) et utilisé chez les poissons Cottidés (GAUDIN, MARTIN & CAILLÈRE, 1981) et Salmonidés (GEORGES & GAUDIN, 1984). L'eau est injectée par un fin tube de laiton (1 mm), soudé sur un tube plus large, de diamètre adapté à la taille de l'animal. Ce tube, par lequel va transiter le contenu de l'estomac, est relié au pilulier par l'intermédiaire d'une couvercle troué à cet effet. Sur le même couvercle, une cheminée équipée d'un filtre assure l'évacuation de l'air ou de l'eau excédentaire (fig. 2).

Le tableau I donne pour quelques espèces le diamètre de l'embout à utiliser.

UTILISATION

Il est possible de pratiquer la vidange sur l'animal éveillé. Il est néanmoins préférable d'opérer sur l'animal anesthésié. Pour ce faire, les animaux sont immergés dans une solution soit de phénoxyéthanol, dosée à 1 ml pour 2 l d'eau, soit de MS 222, dosée à 1 g par litre (dans ce dernier cas, la solution doit être maintenue à l'abri de la lumière, qui dégrade le produit). L'anesthésie demande plusieurs minutes. Dès leur perte d'équilibre, les animaux doivent être retirés et placés dans un récipient d'eau pure, afin d'éviter toute intoxication par une concentration interne trop élevée.

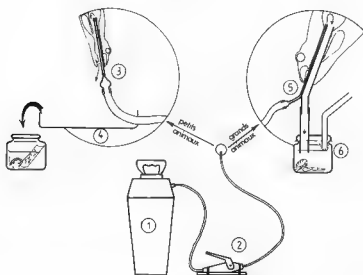


Fig. 2. Schéma du dispositif de vidange gastrique : (1) pulvérisateur horticoles ; (2) vanne-pédale ; (3) trocard ; (4) boîte de Petri ; (5) embout-injecteur ; (6) pilulier récepteur

L'animal est maintenu dans une main dans une position verticale, tête en bas. L'injecteur est introduit dans la cavité buccale en passant sur la langue (la rabattre activement si nécessaire). Dans le cas des embouts pour grands animaux, le passage du pharynx oppose une résistance qui doit demeurer légère, sinon il faut utiliser un embout de diamètre inférieur. Il n'est pas nécessaire d'enfoncer l'embout plus profondément. Par contre dans le cas du trocard, il est préférable d'atteindre l'estomac. Au moment de l'injection, l'animal ne doit pas se gonfler d'eau ; un tel cas signifie que l'injection se fait dans le poumon. Il faut alors stopper et laisser l'animal récupérer (ce qui se passe bien le plus souvent). Dans le cas des gros embouts, une résistance à l'écoulement signifie qu'une proie trop grosse obstrue le tube d'évacuation. Il faut alors retirer l'embout et saisir la proie, qui peut se trouver soit dans le pharynx, soit à l'extrémité de l'embout, avec une pince douce pour entomologie.

Cesser l'injection lorsque l'eau de vidange s'écoule librement sans transporter de proies.

EFFICACITÉ ET IMPACT

J'ai pu vérifier l'efficacité de la méthode par dissection de l'estomac après vidange chez quelques animaux de laboratoire, *Triturus alpestris*, *T. cristatus* et *Rana esculenta*. Elle est totale si toutes les précautions précédemment décrites ont été prises (extraction de grosses proies avec une pince). Seul est resté collé sur la paroi de l'estomac d'un triton crêté un morceau de feuille morte, sans doute ingéré avec une proie, et dont la forme particulièrement aplatie a pu ne pas donner prise au courant d'eau.

La mortalité est nulle si l'on veille :

– à respecter la limite de débit conseillée : j'ai pu observer une déchirure de l'estomac

Tableau I. — Correspondance entre espèce ou taille et diamètre des injecteurs.

Espèce	Diamètre (mm)
<i>T. helveticus</i> , <i>T. vulgaris</i>	trocard
<i>T. alpestris</i>	4
<i>T. cristatus</i> , <i>T. marmoratus</i>	6
<i>Rana</i> sp. 30-40 mm	5,5
<i>Rana</i> sp. 40-50 mm	6
<i>Rana</i> sp. 50-60 mm	7
<i>Rana</i> sp. 60-70 mm	8

chez des tritons avec une pression d'injection trop élevée ; pour un matériel donné, le débit sera une fonction définissable de la pression dans le pulvérisateur, cette dernière contrôlable par un manomètre ;

— à appliquer une méthode d'anesthésie rigoureuse. L'anesthésique est toujours un produit toxique qui peut entraîner la mort. Les animaux ne doivent séjourner dans la solution d'anesthésique que le temps nécessaire à leur perte de motricité, et doivent être ensuite placés dans de l'eau pure, éventuellement aérée. L'excrétion de l'anesthésique par la peau est ainsi rendue possible.

Afin d'estimer le stress infligé aux animaux, j'ai, sur le terrain, offert des larves de chironomes à une dizaine de tritons alpestres, après capture et vidange gastrique. Tous ont mangé dans les trois heures qui ont suivi l'opération. Il semble ainsi que les tritons supportent assez bien cette méthode. Je ne dispose cependant pas de données équivalentes pour des amphibiens anoures.

FIXATION DES CONTENUS

Dans le cas d'une étude des biomasses, le meilleur fixateur est le formaldéhyde (formol). Deux ou trois ml ajoutés à l'eau qui baigne le contenu assurent correctement la conservation. L'avantage de ce fixateur est de ne pas altérer sensiblement la composition des proies et donc de permettre la mesure de leur poids, frais ou sec. Son inconvénient est de provoquer des irritations de la muqueuse nasale lorsqu'on doit l'inhaler pendant une longue période ; aussi est-il recommandé de rincer les contenus sur un petit tamis avant d'effectuer les déterminations. L'alcool procure un meilleur confort de travail mais présente l'inconvénient d'être un solvant des graisses et de modifier de façon sensible le poids des animaux. L'alcool est donc un bon fixateur dans le cas d'une étude essentiellement qualitative. L'étiquette doit être rédigée au crayon à papier et glissée dans le pilulier : c'est le plus sûr moyen de limiter les risques de confusion.

DÉTERMINATION DES PROIES

La précision de la détermination dépend du but que l'on se fixe, mais aussi du temps dont on dispose, car le coût en temps augmente de façon exponentielle avec la précision.

Mais cette dernière n'apporte pas toujours une information pertinente. Une grande précision implique aussi des tableaux de chiffres trop grands pour être traités aisément par l'informatique. La détermination jusqu'au niveau de l'espèce est intéressante dans le cas par exemple d'espèces proies qui présentent des caractéristiques éco-éthologiques précises (répartition dans le milieu ou trajectoire de déplacement) pouvant fournir au prédateur des éléments de sélection. Dans le cas plus général de la description du spectre alimentaire, les catégories de proies doivent regrouper des espèces dont les caractéristiques stimulantes (taille, mouvement, contraste, situation dans le milieu, odeur) sont proches.

RÉSUMÉ

Ne pas détruire les populations qu'il étudie est un impératif scientifique ou éthique pour le chercheur en écologie. En procurant le contenu de l'estomac sans porter atteinte à la vie de l'animal, la méthode de vidange gastrique permet chez les amphibiens l'étude du régime alimentaire tout en préservant les populations. Après avoir comparé les méthodes proposées par la littérature, l'article donne une description détaillée de matériels testés dans des études de longue durée du régime d'urodèles et d'anoures. Un tel équipement peut être adapté à des situations particulières comme celle exigeant un long transport à pied. Des conseils sont donnés pour la fixation et la détermination des proies.

QUELQUES ADRESSES

Pulvérisateur : bons résultats avec un Berthoud Florally 7.

Confection de tamis : tissu nylon de divers vides de maille : Tissmetal, 138 bd de la Croix-Rousse, 69004 Lyon.

Détermination des proies : pour la France :

Ouvrages généraux : *Introduction à l'étude des macroinvertébrés des eaux douces* ; ouvrage collectif édité par M. BOURNAUD, H. TACHET & P. RICHOUX. Disponible auprès de : Association française de Limnologie, 14 avenue de St Mandé, 75012 Paris. *La mésofaune du sol de la région lyonnaise* par J. MATHIEU, P. RICHOUX & H. TACHET, C.R.D.P. Lyon, 47 rue Philippe de Lassalle, 69004 Lyon.

Fascicules spécialisés édités par l'Association française de Limnologie : Coléoptères, Annelides, Crustacés, Insectes divers : s'adresser à Prof. R. GINET / A.F.L., Université Claude Bernard Lyon 1, Laboratoire de Biologie animale et Ecologie, 69622 Villeurbanne Cédex.

Pour les autres pays, demander conseil auprès de l'Association de Limnologie du pays concerné.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- CASTRO, M., 1986 - *Activité prédatrice du goujon Gobio gobio. Aspects éco-éthologiques*. Thèse de troisième cycle, Lyon : 1-197.
- CHACORNAC, J. M. & JOLY, P., 1985 - *Activité prédatrice du triton alpestre (Triturus alpestris) dans un lac alpin (2125 m, Alpes françaises)*. *Acta Oecologica, Ecol. Gener.*, 6 : 93-103.
- CHOVET, M., 1976. - *L'alimentation de la larve de Cordulegaster boltoni Donovan 1807 (Odonates - Anisoptères) dans son milieu naturel*. Thèse de troisième cycle, Lyon : 1-72.

- FRASER, D. F., 1976. - Coexistence of salamanders in the genus *Plethodon* : a variation of the Santa Rosalia theme. *Ecology*, **57** : 238-251.
- GAUDIN, P., MARTIN, E. & CAILLÈRE, L. 1981. - Le tubage gastrique chez les poissons : mise au point d'un équipement et test de la méthode chez le chabot *Cottus gobio* L. *Bull. Fr. Pisc*, **282** : 8-15.
- GEORGES, J. P. & GAUDIN, P., 1984. - Le tubage gastrique chez les poissons . expérimentation chez la truite (*Salmo trutta* L.). *Arch. Hydrobiol.*, **101** : 453-460.
- GITTINS, S. P., 1987. - The diet of the common toad (*Bufo bufo*) around a pond in Mid-Wales. *Amphibia-Reptilia*, **8** : 13-17.
- GOSS-CUSTARD, J. D., 1977. - Optimal foraging and the size selection of worms by redshank *Tringa totanus*. *Anim. Behav.*, **25** : 10-29.
- GRIFFITHS, R.A., 1986. - Feeding niche overlap and food selection in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *T. helveticus*, at a pond in Mid-Wales, *J. Anim. Ecol.*, **55** : 201-214.
- LEGLER, J. M. & SULLIVAN, L. J., 1979. - The application of stomach-flushing to lizards and anurans. *Herpetologica*, **35** : 107-110.
- LIBOIS, R. M., 1984. - Régime alimentaire de l'effraie et écologie des micromammifères *Cahiers Ethol. Appliquée, Enquêtes et dossiers*: 1-202.
- OPATNRY, E , 1980 - Food sampling in live amphibians. *Vest. cs. spolec. zool.*, **44** : 268-271.
- ROBERTSON, O H , 1945. - A method for securing stomach contents of live fish. *Ecology*, **26** : 95-96.
- ROYAMA, T., 1970. - Factors governing the hunting behaviour and selection of food by the great tit (*Parus major* L.). *J. Anim. Ecol.*, **39** : 619-668.
- SCHALLER, G. B , 1972. - *The Serengeti lion* Chicago, Univ. Chicago Press : 1-480.
- SEABURG, K. G., 1957. - A stomach sampler for live fish. *Prog. Fish Cult*, **19** : 137-139.